

Bolm. Zool., Univ. S. Paulo
1:85-104, 1976

Sobre a reprodução, embriologia e desenvolvimento larval de *Callichirus major* Say, 1818 (Crustacea, Decapoda Thalassinidea)

SÉRGIO DE ALMEIDA RODRIGUES

Depto. de Zoologia, Instituto de Biociências, Universidade de São Paulo

ABSTRACT

On the reproduction, embryology and larval development of *Callichirus major* Say, 1818 (Crustacea, Decapoda, Thalassinidea).

Some observations on the reproduction and external embryological development in *C. major* are presented. Three early larval stages were obtained from eggs hatched in laboratory. Literature dealing with the embryology of *C. major* is discussed and information on larval stages of Callianassinae is summarized.

INTRODUÇÃO

O gênero *Callichirus* contém numerosas espécies, porém sua biologia é muito mal conhecida. A maioria das referências é de caráter sistemático, muitas vezes baseada em apenas um animal, freqüentemente incompleto. Os fenômenos de copulação e postura são praticamente desconhecidos e nenhuma espécie foi criada em laboratório desde o ovo até estágios pós-larvais.

Esta falta de conhecimento deve-se fundamentalmente às dificuldades encontradas na captura, pois estes animais vivem em galerias subterrâneas às vezes bastante extensas e profundas. O aperfeiçoamento de uma técnica eficiente de captura, semelhante à descrita por Hailstone e Stephenson (1961), permitiu a exploração de várias praias do litoral brasileiro (Rodrigues, 1971) e a obtenção de material vivo indispensável para estudos biológicos.

Adoto aqui a revisão de Saint Laurent (1973), que separou o vasto gênero *Callianassa* em seis gêneros, ressaltando que *C. major* é a espécie tipo do gênero *Callichirus*.

MATERIAL E MÉTODOS

Fêmeas ovígeras de *C. major* foram coletadas em março, junho, julho, novembro e dezembro, o que sugere reprodução durante o ano todo. O material utilizado para experimentação foi capturado na Baía de Santos, em frente à Ilha de Urubuqueaba.

Os ovos encontram-se aderidos às cerdas dos pleópodos 1-4, sendo que a maioria deles se concentra no primeiro e segundo pares. O número de ovos é bastante elevado, Pohl (1946:47) contou aproximadamente 8.170 ovos em uma fêmea de *C. major* de 136 mm de comprimento.

As fêmeas ovígeras são muito sensíveis e muitas morrem ao serem retiradas da galeria. As colocadas em aquário não resistiram mais do que dois a três dias, mas ovos retirados das fêmeas mortas conservaram-se vivos.

Os ovos foram mantidos em placas de Petri de nove centímetros de diâmetro e dois centímetros de altura, novas, sem contaminação, lavadas durante 24 horas em água doce corrente e 24 horas em água do mar. Foram colocados cinco ovos em cada placa, contendo aproximadamente 60 cc de água do mar proveniente do local de coleta. A água foi trocada diariamente. Os ovos eram apanhados pelo pedúnculo com uma pinça fina e agitados demoradamente a fim de eliminar, o melhor possível, a película de detritos e fungos que surgia sobre alguns deles. Um lote de 30 ovos, obtidos de uma fêmea capturada em 23/9/65, foi observado durante 18 dias. Onze chegaram até a eclosão, porém apenas dois se libertaram da película embrionária que reveste a pré-zoea, passando à zoea que morreram poucas horas depois. Durante este período a temperatura da água variou entre 22,1° e 24,5°C, acompanhando sempre de perto a variação da temperatura ambiente. A temperatura da água dentro da galeria de onde foi retirada a fêmea ovígera era de cerca de 26,5°C. A temperatura da água da maré enchente, que cobriu o orifício algum tempo após a captura, era de 25°C.

Em 7/12/65 duas fêmeas ovígeras foram capturadas em boas condições. A temperatura da água na galeria foi de aproximadamente 27°C e a temperatura da água na maré enchente foi ao redor de 26°C. Uma das fêmeas apresentava ovos em um estágio de desenvolvimento aproximadamente igual ao já observado. Quinze ovos foram mantidos, durante 16 dias. Quatro chegaram até a eclosão, porém não ultrapassaram a fase de pré-zoea. A temperatura da água variou de 22,3° a 24,3°C. Os ovos da segunda fêmea eclodiram aproximadamente 12 horas após a captura. Todos os ovos eclodiram quase ao mesmo tempo, portanto, como ocorre em regra nos crustáceos, a fêmea carrega ovos embriologicamente uniformes.

Quarenta larvas foram colocadas em placas de Petri iguais às utilizadas para os ovos e em cristalizadores de dez centímetros de diâmetro e cinco centímetros de altura, contendo aproximadamente 20 cc de água do mar mantida à mesma temperatura que os ovos. A água para a criação foi submetida a uma esterilização superficial através de aquecimento até 60-70°C. Este processo visa a eliminação de formas animais como flage-lados, ciliados, vermes e mesmo copépodos, mas não elimina bactérias, mesmo porque, segundo Provasoli *et auct.* (1959:250) “...bacterized cultures are extremely useful for such types of research as life cycles.” Após resfriamento a água foi arejada durante várias horas.

Para alimentar as larvas utilizei ovos da própria espécie em estágio rico em vitelo. Estes ovos foram secos em estufa, reduzidos a pó e misturados com água no momento da alimentação. Para evitar proliferação

microbiana, três horas após a colocação de alimento nas placas, as larvas eram transferidas para uma nova placa onde permaneciam até o dia seguinte. O alimento era aceito pelas larvas, pois, sob lupa, era possível observar o conteúdo do tubo digestivo. Várias vezes observei a expulsão de fezes. As larvas alimentam-se produzindo, com o batimento rítmico dos exopoditos do segundo e terceiro maxilípedes, uma corrente de água em direção à boca. Este batimento conduz também a uma progressão lenta do animal. Um deslocamento mais rápido é conseguido por fortes flexões, para baixo, do abdome e telso. As larvas concentram-se na região mais iluminada da placa. Tanto o modo de locomoção por flexões violentas, como a fototaxia positiva são reações já observadas em larvas de *Petrolisthes* por Wear (1965:129).

As larvas mudaram sucessivamente até o terceiro estágio e foram progressivamente morrendo, sem passar por nova muda (Tabela 1).

Em 20/3/66, em uma coleta de plâncton, realizada às 22 horas, em frente à Ilha de Urubuqueçaba, foram obtidas oito larvas de *C. major* no primeiro estágio. Mantidas em laboratório a uma temperatura de aproximadamente 23°C, quatro passaram para o segundo estágio, porém nenhuma chegou ao terceiro.

Em 6/6/66, 40 larvas eclodidas em laboratório foram colocadas em recipientes mantidos à temperatura constante de 26°C. Entre o 5.º e o 7.º dias as larvas passaram para o 2.º estágio, porém, todas morreram sem atingir o 3.º estágio.

TABELA I

Número diário de larvas sobreviventes após a eclosão. Ovos obtidos de uma mesma fêmea. Temperatura de aproximadamente 23°C.

DEZEMBRO, 1965	1.º ESTÁGIO	2.º ESTÁGIO	3.º ESTÁGIO
8	40		
9	31		
10	29		
11	22	5	
12	3	24	
13	1	20	
14	0	20	
15		18	2
16		10	10
17		9	10
18		5	9
19		2	7
20		0	6
21			5
22			5
23			4
24			4
25			3
26			2
27			1
28			0

Reprodução

C. major parece ser de hábitos solitários, pois nunca me foi dado obter mais do que um animal em cada galeria. Nos aquários montados em laboratório coloquei juntos, por diversas vezes, um macho e uma fêmea, porém os animais se evitam chegando a entrar em luta, como já foi observado em *C. australiensis* (Hailstone, 1962:30).

Segundo MacGinitie (1934:167) a presença de um grande dimorfismo sexual no primeiro par de patas é também um indício de hábitos solitários, pois outros crustáceos cavadores que vivem em pares, não apresentam tão acentuado dimorfismo.

A constatação da existência de hábitos solitários leva ao problema do encontro de machos e fêmeas para a reprodução. Este encontro poderia se realizar tanto dentro como fora das galerias. Nenhum dos autores que se dedicaram ao estudo destes animais conseguiu observar o fenômeno de acasalamento. Lunz (1937:11) acredita que o processo possa se dar fora das galerias. Pohl (1946:78) crê ser o acasalamento realizado através de ramos de interconexão existentes entre as galerias. Parece que o processo se realiza sem que os animais abandonem as galerias. Se tal acontecesse, seria muito pouco provável que um animal tão conspicuo, de tamanho grande e relativamente abundante (cerca de 20 orifícios por m² nos locais mais populosos), fosse desconhecido na costa brasileira. O único caso comprovado de migrações periódicas de *Callichirus*, possivelmente para reprodução, é o de *C. turneranus*. Porém, este animal é fartamente conhecido pelos indígenas, que possuem verdadeiro ritual folclórico ligado à época de migração e à pescaria dos "mbetoe" como são conhecidos no local. O fenômeno é tão marcante que os primeiros navegantes portugueses, ao observá-lo, deram ao local o nome de Rio dos Camarões, onde desenvolveu-se a atual República dos Camarões (Monod, 1927).

Embriologia

A fim de facilitar estudos ecológicos e fisiológicos, alguns autores (Needham, 1933; Boolootian *et auct.*, 1959; Green, 1965) subdividem artificialmente o processo de desenvolvimento embrionário em certo número de estágios facilmente reconhecíveis. Boolootian *et auct.* (1959:216) apresentam dez estágios aplicando-os tanto a *Brachyura* como a *Anomura*:

- Estágio 1 — sem segmentação visível;
- Estágio 2 — clivagem iniciada;
- Estágio 3 — uma parte livre de vitelo (transparente, torna-se visível;
- Estágio 4 — uma divisão mais distinta entre a parte transparente e o vitelo torna-se claramente visível;
- Estágio 5 — o pigmento do olho torna-se visível;
- Estágio 6 — as faixas pigmentadas do embrião tornam-se visíveis;
- Estágio 7 — o embrião torna-se fortemente pigmentado, porém ainda contém bastante vitelo;
- Estágio 8 — o vitelo reduz-se às duas pequenas bolsas isoladas;

Estágio 9 — a zoea torna-se reconhecível;

Estágio 10 — eclosão da larva.

Embora os estágios enumerados tenham sido usados indistintamente para *Anomura* e *Brachyura*, no caso particular de *C. major* a definição dos estágios 6 e 7 é pouco apropriada, pois tanto o embrião como a larva são quase completamente despigmentados. O estágio 9 é também pouco característico, pois é possível distinguir rudimentarmente as partes da zoea desde o estágio 7.

A subdivisão sugerida pode ser aplicada com as seguintes modificações nos estágios mencionados:

Estágio 6 — um cromatóforo torna-se visível na região bucal.

Estágio 7 — aparecem outros cromatóforos pequenos nas bordas da carapaça.

Estágio 9 — a pré-zoea, perfeitamente reconhecível, apresenta movimentos ativos dentro do ovo.

Os ovos que sobreviveram às condições de laboratório, chegando até a eclosão, encontravam-se no estágio 5 ou mais adiantados. Fases mais atrasadas não sobreviveram até o nascimento da larva.

A duração aproximada de cada estágio está baseada em observações realizadas à temperatura de aproximadamente 23°C.

Estágio 1 — Os ovos são quase esféricos, vermelho-alaranjados e com cerca de 1 mm de diâmetro. O vitelo é completamente homogêneo. Como nunca me foi dado observar a postura não tenho dados sobre a duração deste estágio (Fig. 1).

Estágio 2 — (sete dias) como normalmente ocorre nos crustáceos o vitelo sofre uma clivagem superficial, com separação de quatro ou cinco massas que em seguida sofrem várias divisões, até a total segmentação da superfície do vitelo (Fig. 2).

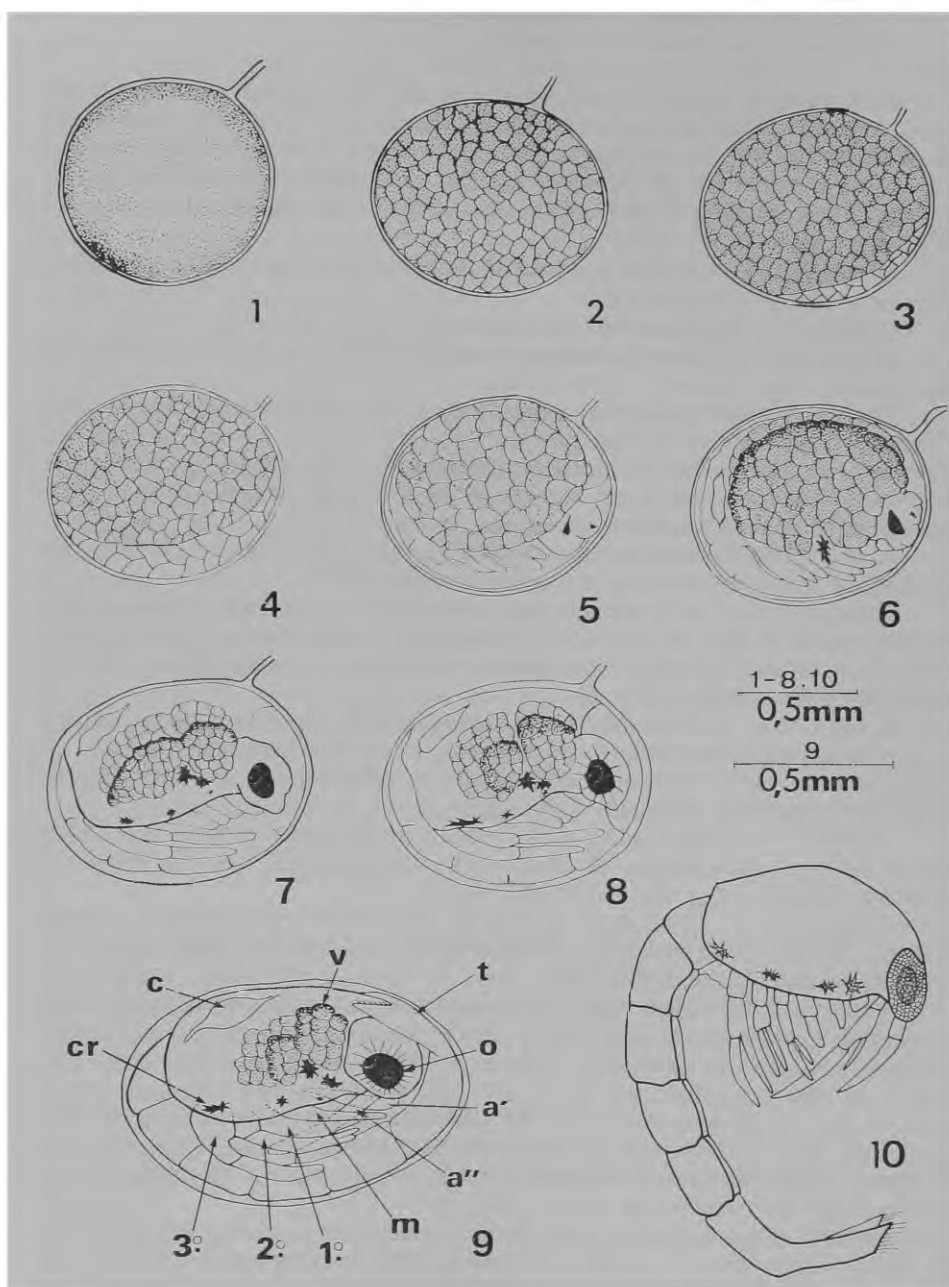
Estágio 3 — (três dias) uma intensa proliferação celular superficial condiciona o aparecimento de uma região transparente, livre de vitelo — a placa ventral (Fig. 3).

Estágio 4 — (três dias) a porção sem vitelo corresponde a quase 1/3 da massa total do ovo. A coloração é levemente mais clara e o formato mais ovalado (Fig. 4).

Estágio 5 — (cinco dias) os olhos compostos aparecem como dois pequenos crescentes de cor negra. Um pouco adiante deles, na região ventral mediana do embrião, é também visível o olho embrionário mediano ou olho Nauplius; que tem o aspecto de um pequeno triângulo negro, menor que os olhos compostos. Os rudimentos das extremidades céfalotorácicas são indistintamente reconhecíveis. Aproximadamente um dia após o aparecimento dos olhos é possível notar a pulsação do coração, situado diametralmente oposto aos olhos (Fig. 5).

Estágio 6 — (quatro dias) os olhos tomam a forma de meia lua. O vitelo ocupa toda a porção correspondente à carapaça da larva, com uma reentrância na região bucal onde aparece um grande cromatóforo vermelho (Fig. 6).

Estágio 7 — (quatro dias) a coloração torna-se mais clara, devido à redução do vitelo, que adquire um formato irregular, com reentrâncias longitudinais e transversais, assemelhando-se a um cérebro humano, com



Figuras 1-10 — 1 — Desenvolvimento embrionário, estágio 1. 2 — Idem, estágio 2. 3 — Idem, estágio 3. 4 — Idem, estágio 4. 5 — Idem, estágio 5. 6 — Idem, estágio 6. 7 — Idem, estágio 7. 8 — Idem, estágio 8. 9 — Idem, estágio 9. 10 — Idem, estágio 10, pré-zoea.

os dois hemisférios unidos na porção central. Os olhos são quase circulares. A região bucal apresenta agora três cromatóforos: um mediano, localizado aproximadamente sobre a boca, e dois laterais. Na margem lateral da carapaça, logo atrás da região do terceiro maxilípede, aparece um cromatóforo e, aproximadamente 48 horas depois, surgem outros dois, sendo um junto ao primeiro maxilípede e outro junto ao ângulo ântero-lateral da carapaça. Este número de cromatóforos permanece o mesmo até a eclosão e durante todo o desenvolvimento larval (Fig. 7).

Estágio 8 — (três dias) os olhos são maiores e delineiam-se os primórdios das córneas. Os cromatóforos são mais estrelados. O vitelo reduz-se a bolsas laterais, decorrentes da divisão dos dois “hemisférios” do estágio anterior (Fig. 8).

Estágio 9 — (três dias) há pouco vitelo reduzido a grumos isolados no interior do cefalotórax. A pré-zoea é perfeitamente reconhecida notando-se o abdome dobrado sob a parte ventral do cefalotórax e o telso repousando sobre a extremidade anterior, cobrindo parcialmente as córneas, cujo contorno é completo. Os apêndices cefalotorácicos abraçam a porção terminal do abdome. Quando estimulados mecânica ou termicamente os embriões agitam-se, contraindo rapidamente o abdome ou movimentando as extremidades (Fig. 9).

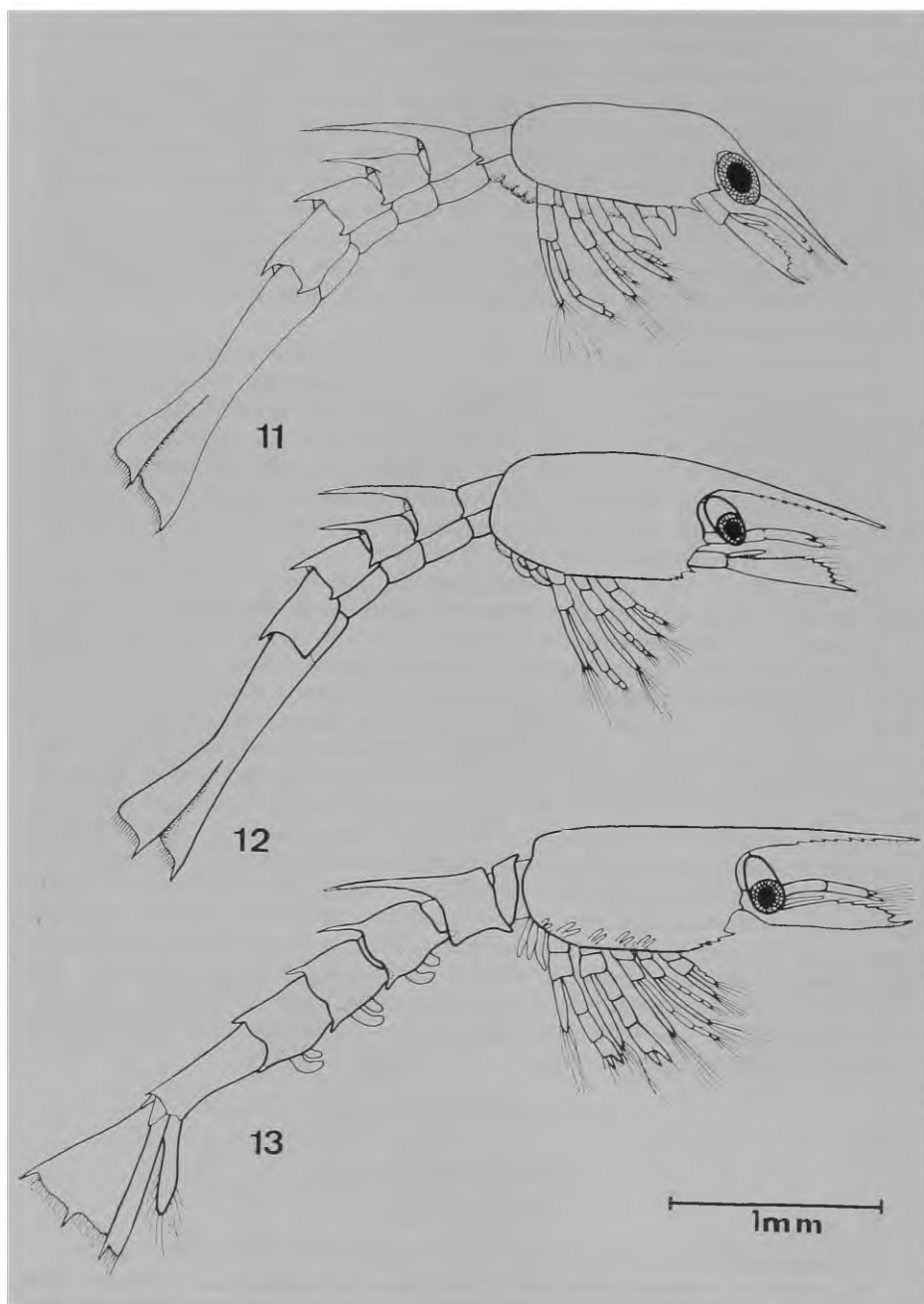
Estágio 10 — (3-4 horas) a película do ovo rompe-se na parte posterior, devido aos movimentos de desentrelaçamento dos apêndices cefálicos e a distensão do abdome. Após a saída do ovo o abdome da larva ainda permanece recurvado ventralmente. O rostro apresenta-se encurvado para baixo, parcialmente invaginado, ocupando o espaço existente entre os olhos, alcançando o labro. Todo o corpo da larva está revestido pela fina película pré-zoeal. Os olhos são ovalados e sêsseis (Fig. 10). Aproximadamente duas horas após a eclosão o primeiro espinho abdominal dorsal, que já era visível sob a película pré-zoeal, estendido sobre os segmentos abdominais seguintes, começa a erguer-se: em dez minutos liberta-se completamente da película, ficando parcialmente levantado. Logo a seguir erguem-se os espinhos seguintes. Concomitantemente o rostro endireita-se, sofrendo também desinvaginação da metade distal. Quando os espinhos dorsais já se encontram distendidos, o rostro ainda permanece parcialmente dobrado, formando com a carapaça um ângulo de 90°. As cerdas dos epêndices cefálicos e do telso encontram-se também parcialmente invaginadas. A distensão máxima das cerdas só se verifica depois do primeiro dia de vida da zoea.

Desenvolvimento larval

Primeiro estágio (Figs. 11, 14-22)

Comprimento: ao redor de 4 mm da ponta do rostro até o telso.

A larva é transparente, com exceção do alaranjado intenso dos cromatóforos na região anterior da carapaça e do pigmento amarelo brilhante das córneas. O corpo é achatado lateralmente. A carapaça não apresenta vestígios de linha talassinica ou sulco cervical. É munida de um pequeno espinho branquiostegal, um espinho pterigostomial relativa-



Figuras 11-13 — 11 — Primeiro estágio larval. Vista lateral. 12 — Segundo estágio larval. Vista lateral. 13 — Terceiro estágio larval. Vista lateral.

mente grande e três ou quatro denticulos marginais. O rostro é inclinado para baixo, na frente dos olhos; é cilíndrico e afilado na extremidade distal onde apresenta pequenas cerdas. Os olhos são subcilíndricos, obliquamente dispostos em relação à carapaça, e com os pedúnculos ainda retraídos.

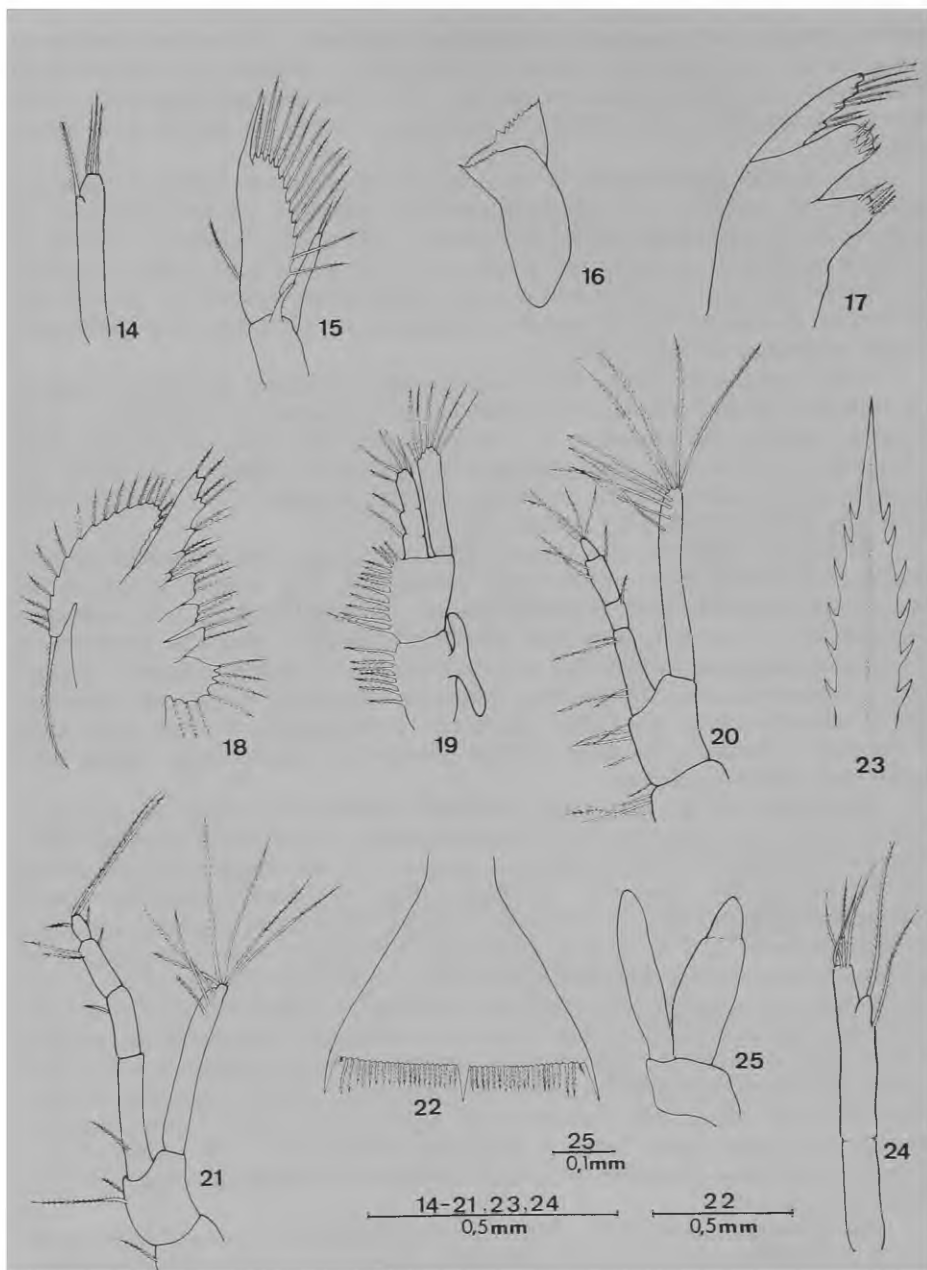
Os somitos abdominais 1 e 2 possuem espinhos ântero e pósterolaterais; os somitos 3-5 possuem apenas espinhos pósterolaterais; os somitos 2-5 apresentam espinhos dorsais. O espinho dorsal do somito 2 alcança a margem posterior do somito 4, é três vezes maior que o espinho do somito 3 e quatro vezes maior que o espinho do somito 4. O espinho do somito 5 é menor que o espinho do somito 4. O somito 6 é indistintamente separado do telso (Fig. 11).

Telso triangular (Fig. 22), com espinho mediano tão longo quanto os espinhos pósterolaterais (espinho 1). O espinho 2 é reduzido a uma simples cerda. Os espinhos 1 e o mediano são lisos, os demais são plumosos. A fórmula dos espinhos marginais do telso é 23-1-23, na grande maioria das larvas, existindo porém fórmulas 21-1-21, 22-1-22, 21-1-23, 22-1-23, 24-1-23 e 24-1-24.

Antênula (Fig. 14) não segmentada, com longa cerda plumosa representando o endopodito; extremidade distal com três cerdas plumosas às vezes não completamente desinvaginadas. Na antena (Fig. 15) a escama (exopodito) é armada com um conspicuo espinho plumoso terminal e 13 cerdas plumosas localizadas no bordo interno; o bordo externo é quase reto e apresenta uma única cerda plumosa situada perto do protopodito, que é armado com um espinho plumoso; o endopodito é mais curto que a escama e munido de duas cerdas plumosas muitas vezes ainda não totalmente desinvaginadas.

Mandíbula (Fig. 16) com processos incisivo e molar: O primeiro provido de forte dente mediano e serrilhações e o segundo apresentando apenas serrilhações, tendo mais ou menos 1/3 da largura do primeiro; não há endopodito (palpo). Maxílula (Fig. 17) com endopodito apresentando três constrictões na margem interna, uma cerda plumosa terminal e, internamente, 2-2-2 cerdas plumosas localizadas nas constrictões; o protopodito apresenta dois lobos (enditos) conspicuos e separados: O superior tem ao redor de sete espinhos plumosos e o inferior, quatro cerdas plumosas curtas. Maxila (Fig. 18) com endopodito apresentando quatro constrictões na margem interna, duas cerdas plumosas terminais e 2-2-2-2 cerdas plumosas situadas ao nível de cada constrictão; exopodito, amplo, guarnecido de 18 cerdas plumosas em toda sua margem e inferiormente munido de longa cerda forte e plumosa; protopodito com quatro lobos internos (enditos) providos de 3-3-2-7 cerdas plumosas, partindo do lobo distal ao proximal.

No primeiro maxilípede (Fig. 19) o endopodito é pouco mais curto que o exopodito, possui duas constrictões sugerindo três segmentos, cinco cerdas plumosas terminais e 1-1 cerdas plumosas internamente ao nível das constrictões; exopodito não segmentado e com sete cerdas plumosas terminais; base provida de 12 cerdas plumosas e coxa com sete cerdas plumosas e um epipodito bilobado. No segundo maxilípede (Fig. 20) o endopodito é mais curto que o exopodito, possui quatro artículos, sendo que o terminal tem o ápice guarnecido por quatro cerdas plumosas e os



Figuras 14-25 — 14 — Antênula (primeiro estágio). 15 — Antena (primeiro estágio). 16 — Mandíbula (primeiro estágio). 17 — Maxilula (primeiro estágio). 18 — Maxila (primeiro estágio). 19 — Primeiro maxilípede (primeiro estágio). 20 — Segundo maxilípede (primeiro estágio). 21 — Terceiro maxilípede (primeiro estágio). 22 — Telso (primeiro estágio). 23 — Rostro (segundo estágio). 24 — Antênula (segundo estágio). 25 — Primeiro pereópodo (segundo estágio).

demais têm 3-1-4 cerdas plumosas; o exopodito não é segmentado e apresenta oito ou nove longas cerdas plumosas terminais; base com cinco cerdas curtas e plumosas e coxa com três. Terceiro maxilípede (fig. 21) com endopodito mais longo que o exopodito e formado por quatro segmentos: o segmento distal tem quatro cerdas plumosas terminais e os demais segmentos têm 3-1-1 cerdas plumosas; exopodito não segmentado, com sete a oito cerdas plumosas terminais; base com duas cerdas plumosas, uma curta e uma longa, e coxa com uma.

Pereópodos encerrados em uma bolsa torácica ventral.

Segundo estágio (Figs. 12, 23-25)

Comprimento: ao redor de 4,6 mm da ponta do rostro até o telso.

O rostro (Fig. 23) apresenta-se quase em linha reta com o corpo da larva, é pouco mais longo do que a antênula e achatado dorso-ventralmente; na superfície dorsal há uma quilha mediana longitudinal; as margens laterais possuem espinhos pontiagudos voltados para a extremidade distal, que é afilada e desprovida de espinhos. Pedúnculos oculares ovais com córnea distal intensamente pigmentada (Fig. 12).

No abdome o espinho do somito 2 ultrapassa levemente a margem posterior do somito 3, é três vezes maior que o espinho do somito 3, sendo este maior que os espinhos dos somitos 4 e 5, porém todos os espinhos são menores que os das larvas do primeiro estágio.

Telso sem modificações externas, nas larvas prestes a passar para o terceiro estágio percebe-se, por transparência, primórdios dos urópodos.

Antênula (Fig. 24) com quatro cerdas plumosas na extremidade distal e com ligeira constrição mediana indicando início de segmentação; endopodito rudimentar, com uma longa cerda plumosa terminal e uma subterminal na margem interna. Na antena a escama apresenta 16 cerdas plumosas, e o endopodito é desprovido de cerdas terminais.

As peças bucais não apresentam modificações, há apenas variações de 1 cerda, para mais ou para menos, em alguns poucos segmentos.

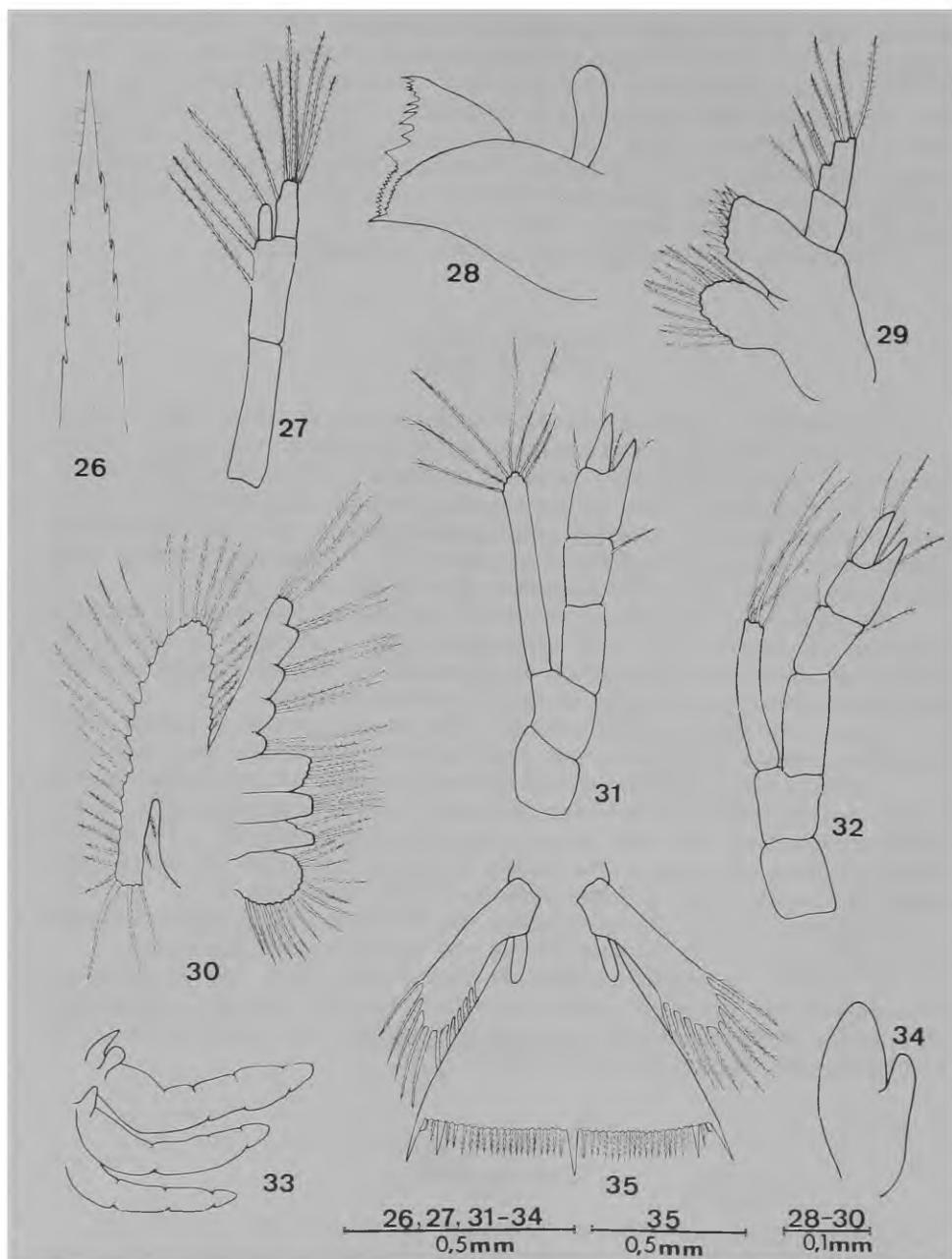
O primeiro e segundo pares de pereópodos (Fig. 25) libertam-se, são semelhantes tanto na forma como no tamanho; possuem endopodito com início de segmentação terminal e exopodito não segmentado; são completamente desprovidos de cerdas.

Terceiro estágio (Figs. 13, 26-35)

Comprimento: ao redor de 5 mm, da ponta do rostro até o telso.

Rostro reto (Fig. 26), originando-se da porção mediana dorsal da carapaça; a quilha mediana dorsal torna-se mais acentuada, as margens laterais são serrilhadas e a porção distal, afilada e destituída de serrilhações, possui algumas cerdas curtas. Olhos como no estágio anterior.

No abdome o somito 6 apresenta-se distintamente separado do telso, sendo pouco mais longo que os demais somitos. O espinho do somito 2



Figuras 26-35 — 26 — Rostro (terceiro estágio). 27 — Antênula (terceiro estágio). 28 — Mandíbula (terceiro estágio). 29 — Maxílula (terceiro estágio). 30 — Maxila (terceiro estágio). 31 — Primeiro pereópodo (terceiro estágio). 32 — Segundo pereópodo (terceiro estágio). 33 — Terceiro, quarto e quinto pereópodos (terceiro estágio). 34 — Pleópodo (terceiro estágio). 35 — Telso e urópodos (terceiro estágio).

alcança a margem distal do somito 3 e é maior que os espinhos dos somitos 3-6, que são progressivamente menores. Nos somitos 3-5 há um par de pleópodos rudimentares (Fig. 13).

Telso triangular (Fig. 35), mais largo do que longo; o espinho 4 é agora semelhante aos espinhos póstero-laterais e mediano, isto é, forte e desprovido de plumas; a fórmula dos espinhos varia dentro dos limites já assinalados. Urópodos com exopoditos três vezes mais longos do que largos, pouco mais longos que a metade do comprimento do telso e apresentando, na extremidade distal, cerca de dez longas cerdas plumosas; os endopoditos são rudimentares.

Antênula (Fig. 27) com pedúnculo formado por dois segmentos, o proximal, pouco mais longo, é desprovido de cerdas, enquanto o distal apresenta, internamente, três longas cerdas plumosas; o exopodito tem metade do comprimento do segmento distal do pedúnculo e apresenta sete a oito longas cerdas plumosas apicais e, na margem interna, uma longa cerda plumosa subterminal; o endopodito, mais curto que o exopodito, apresenta uma cerda plumosa terminal. Na antena a escama apresenta 15 cerdas plumosas, sendo nos demais aspectos igual aos estágios anteriores.

Mandíbula (Fig. 28) com processo incisivo munido de serrilhações e fortes dentes; palpo rudimentar, sem segmentação. Maxílula (Fig. 29) com forma semelhante à descrita para os estágios anteriores, porém com o endopodito bisegmentado, e diferindo quanto ao número de cerdas dos lobos internos: o lobo superior possui cerca de 16 cerdas espiniformes e curtas, dispostas em diferentes planos; o lobo inferior 12 cerdas fortes, plumosas, mas não muito longas. Na maxila (Fig. 30) o prolongamento proximal do exopodito, que forma um lobo posterior, tem menos da metade da largura da porção distal; todas as margens do exopodito são homogeneamente guarnecidas com longas cerdas plumosas, tendo desaparecido a cerda plumosa longa e forte encontrada nos estágios anteriores; endopodito com três cerdas plumosas terminais e os lobos internos do protopodito apresentando do distal ao proximal, 4-4-3-14 cerdas plumosas.

Maxilípedes sem modificações.

O primeiro par de pereópodos (Fig. 31) é quelado, sendo o dátilo pouco mais longo que o dedo fixo; o dátilo possui uma cerda plumosa no bordo superior e o dedo fixo no bordo inferior; própodo, carpo, mero, base e coxa têm, aproximadamente, o mesmo comprimento; o própodo tem uma cerda plumosa no bordo superior externo e outra na margem distal, entre o dedo fixo e o dátilo; o carpo tem uma cerda plumosa na porção distal do bordo interior; o exopodito, não segmentado, alcança a extremidade distal do própodo e possui, no ápice, sete longas cerdas plumosas. O segundo par de pereópodos (Fig. 32) é quelado; o dátilo é um pouco mais longo que o dedo fixo. O carpo é uma vez e meia mais longo que o própodo; o mero é duas vezes mais longo do que a palma; o exopodito, não segmentado, alcança o meio do carpo e seu ápice apresenta cinco longas cerdas plumosas. Os terceiro, quarto e quinto pares de pereópodos (Fig. 33) são rudimentares, voltados para frente, e dobrados sob o tórax da larva; apresentam indícios de segmentação e não possuem exopodito.

Há um par de artrobrânquias rudimentares no segundo e terceiro par de maxilípedes, no primeiro, segundo e terceiro par de pereópodos e apenas uma no quarto par (figs. 13 e 33).

Os pleópodos (Fig. 34) são curtos, desprovidos de cerdas e com endopodito muito menor que o exopodito.

Discussão

As únicas referências sobre desenvolvimento embrionário de *C. major* devem-se a Pohl (1946) e a Pearse *et auct.* (1942). Pohl (1946: 77, figs. 25, 26) apresenta uma ilustração do estágio 2 e outra do estágio 6. Segundo este autor o tempo decorrido entre estes dois estágios é de, aproximadamente, sete dias, porém a temperatura não é mencionada. O cromatóforo da região bucal, característico do estágio 6, aparece no ovo figurado por Pohl (loc. cit. fig. 26), porém é apontado na legenda como um vaso sangüíneo. Realmente as ramificações do cromatóforo emprestam-lhe um aspecto bastante semelhante a um vaso com sangue rico em hemoglobina. Tal pigmentação não existe no sangue do animal em questão e a simples comparação do “vaso sangüíneo” com o coração perfeitamente transparente demonstra a imprecisão da denominação. Pearse *et auct.* (1942: 156, fig. 14) apresentam ilustrações dos estágios 1 e 2 e de uma larva que não é a pré-zoea no momento da eclosão, mas sim uma larva ainda mal formada, retirada do ovo no estágio 7 ou 8.

O conhecimento sobre os estágios larvais de Callianassinae pode ser assim sumarizado:

1 — Larvas obtidas em amostras de plâncto das quais o adulto é desconhecido, como nos registros de Sars (1884), Claus (1876), Williamson (1915), Menon (1933), Gurney (1924, 1937, 1938, 1942), Lebour (1941, 1954) e nos comentários de Bourdillon-Casanova (1960).

2 — Larvas cujos sucessivos estágios são conhecidos de amostras planctônicas e cujo adulto foi positivamente identificado: *Callianassa australiensis* (Dakin & Colefax, 1940; Hailstone & Stephenson, 1961; Hailstone, 1962).

3 — Larvas cujos estágios são conhecidos a partir de amostras planctônicas, mas cujo adulto foi identificado com reservas: *Callianassa subterranea* (Webb, 1921; Caroli, 1946).

4 — Larvas cujo primeiro estágio foi obtido em laboratório a partir de fêmeas ovígeras: *Callianassa truncata* e *Callianassa laticauda* (Caroli, 1921); *Callianassa affinis* e *Callianassa filholi* (Lebour, 1938, 1955); *Callianassa californiensis* (Hart, 1937).

Gurney (1937: 326) separa as larvas de Callianassinae em dois tipos: Tipo I ou larva de Sars, e, Tipo II ou larva de Claus. Os estágios larvais de *C. major* enquadram-se dentro do Tipo II, devido às seguintes peculiaridades do telso: ausência de espinhos laterais, grande número de espinhos na margem posterior e espinho 2 reduzido a uma cerda.

Larvas do Tipo II foram descritas por Claus (1876, est. 8: 1-7; 1884, est. 5: 42), Cano (1891, est. 2), Menon (1933, est. 4, 5), Gurney (1937, ests. 4, 5; 1938, figs. 29-31). Destas larvas apenas a descrita por Cano (1891), teve o adulto identificado por Caroli (1921), como sendo *Callianassa laticauda* (= *Callichirus tyrrenus*?).

As larvas de *C. major* distinguem-se facilmente pela armadura do telso, cujo número de espinhos é o mais elevado até agora registrado para uma larva de Callianassinae.

Summary

Ovigerous females were collected by a method similar to that described by Hailstone and Stephenson (1961). Isolated eggs and larvae were placed in Petri dishes, in sea water superficially sterilized at 60-70°C and reoxygenated. The water was changed every day. The best results were achieved when the rearing temperature was maintained around 23°C. Larvae were fed with dried and grinded yolky eggs of the species. The food remained in the dishes only three hours/day to avoid excessive microbial proliferation.

C. major is a solitary animal. Two specimens were never observed in the same burrow. Males and females placed in artificial galleries avoided each other and showed fighting behavior. Lunz (1937: 11) thinks that *C. major* "does not leave its burrow except on rare occasions, perhaps only during the breeding season" Pohl (1946: 78) states that "this species might mate within the interconnecting branches (of the galleries)" It seems that the copulation takes place subterraneously, because though a large, conspicuous and abundante animal (maximum density about 20 burrows/m²) it was unknow to scientists and fishermen in the Brazilian coast.

Ovigerous females have been taken in March, June, July, November and December.

Ten embryological stages are externally described according to Boolotian *et auct* (1959), with the following modifications: St. 6, a single chromatophore becomes visible in the mouth region; St. 7, three chromatophores appear near the lateral margins of the carapace; St. 9, the pre-zoea, recognizable since stage 7, moves inside the egg shell. Approximate duration of the stages: St. 1, undetermined; St. 2, 7 days; St. 3, 3 days; St. 4, 3 days; St. 5, 5 days; St. 6, 4 days; St. 7, 4 days; St. 8, 3 days; St. 9, 3 days; St. 10, 3-4 hours.

First larval stage — Carapace margin with 1 small branchiostegal spine, 1 large pterygostomial spine and 3-4 lateral denticles; remainder of margin entire. Rostrum smooth and cylindrical. Eyes sessile. Abdomen of 6 somites, 6 th fused with telson, 1st and 2nd with antero- and postero-lateral spines, 3rd to 5th somites with only postero-lateral spines; 2nd with a very large dorsal spine, 3th to 5th with smaller dorsal spines. Telson triangular; posterior margin bearing large median and postero-lateral spines, with spine 2 reduced to a hair and 21 pairs of plumose spines in almost all larvae.

Antennule unsegmented bearing 3 terminal plumose setae and a long plumose seta representing the endopodite. Antenna biramous; basis unsegmented, with a spine between the scale and the flagellum; flagellum shorter than scale and with 2 terminal short plumose setae; scale flattened, with a terminal spine and 13 plumose setae on inner margin.

Mandible with serrated molar process and a strong median tooth; palp absent. Maxillule uniramous; coxal endite with 4 stout setae; basal endite with 7 spiniform setae; endopodite with 1 terminal and 2, 2, 2 plumose setae on inner margin. Maxilla biramous; protopodite with coxal and basal endites bilobed, with distal to proximal setation of 3, 3, 2, 7; endopodite with 2 apical setae, inner margin 4-lobed with setation of 2, 2, 2, 2; exopodite with about 18 short plumose marginal setae and 1 long plumose seta on inferior tip.

1st maxilliped biramous; coxa with 7 setae on inner margin and a 2-lobed epipodite; basis with 12 setae on inner margin; endopodite indistinctly 3-segmented, with distal to proximal setation of 5, 1, 1; exopodite unsegmented, with 7 apical setae. 2nd maxilliped biramous; coxa with 3 and basis with 5 setae; endopodite 4-segmented, with distal to proximal setation of 4, 3, 1, 4; exopodite unsegmented, with 8-9 apical setae. 3rd maxilliped biramous; coxa with 1 and basis with 2 setae; endopodite 4-segmented with distal to proximal setation of 4, 3, 1, 1; exopodite unsegmented, with 7-8 apical setae.

Pereiopods hidden in a ventral swelling. Other appendages lacking.

Color: body transparent with orange chromatophores in the lateral margins of the carapace; eyes yellow.

Second larval stage — Carapace unchanged. Rostrum with a median dorsal ridge and lateral spines. Eyes stalked. Abdominal dorsal spines smaller than those of previous stage. Telson unchanged.

Antennula with a slight median constriction, 4 apical setae, a long plumose seta representing the endopodite and 1 seta on inner margin. Antennal scale with 16 marginal setae; antennal flagellum without terminal setae.

Mouth parts essentially unchanged; occasionally 1 additional or deductive seta.

1st and 2nd pereiopods biramous, naked; endopodite indistinctly 2-segmented. Other pereiopods hidden in a ventral swelling.

Pleopods lacking.

Third larval stage — Carapace and eyes unchanged. Rostrum with smaller lateral spines and subterminal hairs. Abdomen with 6th somite free. Telson with spine 4 strong and smooth.

Antennular peduncle 2-segmented and bearing 3 long plumose subterminal setae; exopodite with 7-8 long plumose setae and 1 subterminal plumose seta; endopodite with 1 long terminal plumose seta. Antennal scale with 15 plumose setae.

Mandible with strong teeth and serrated incisive process. Maxillule with 12 strong setae on coxal endite and 16 short spiniform setae on basal endite; endopodite 2-segmented, with setation of 2, 2, 2, 2. Maxilla biramous, protopodite with distal to proximal setation of 4, 4, 3, 14; endopodite 5-lobed with distal to proximal setation of 3, 2, 2, 2, 2; exopodite with about 34 subequal plumose marginal setae.

Maxillipeds unchanged.

1st and 2nd pereiopods biramous; protopodites 2-segmented, endopodites 4-segmented and chelate; exopodites unsegmented, with 5-7 apical plumose setae. 3rd to 5th pereiopods uniramous and naked; endopodites indistinctly segmented.

3rd to 5th pleopods biramous, naked and unsegmented. Other pleopods lacking. Uropods biramous, exopodites well formed, with 10-11 plumose marginal setae; endopodites naked rudiments.

There are two references dealing with the embryological development of *C. major*. Pohl (1946: 77, figs. 25, 26) gives the number of eggs of an ovigerous female and figures eggs in stages 2 and 6. The single chromatophore of stage 6 is labeled as a blood vessel, a confrontation between the "blood vessel" and the transparent heart also figured points out the misinterpretation. Pearse *et auct.* (1942: 156, fig. 14) present illustration of eggs in stage 1 and 2 and a larva which is not the newly hatched pre-zoea, but an imperfect larva obtained from an egg in stage 7 or 8.

The informations concerning larval stages of Callianassinae can be summarized as follows:

1 — Larvae obtained from plankton samples of which the adults are not identified, as in the accounts of Sars (1884), Claus (1876), Bate (1888), Ortmann (1893), Williamson (1915), Menon (1933), Gurney (1924, 1937, 1938, 1942), Lebour (1941, 1954) and in the comments of Bourdillon-Casanova (1960).

2 — Larvae with stages known from plankton samples and of which the adults are positively identified *C. australiensis* (Dakin & Colefax, 1940; Hailstone & Stephenson, 1961; Hailstone, 1962).

3 — Larvae with stages known from plankton samples and with the adults doubtfully identified — *C. subterranea* (Webb, 1921; Caroli, 1946).

4 — Larvae with the first stage obtained from eggs hatched in the laboratory — *C. truncata* and *C. laticauda* (Caroli, 1921); *C. affinis* and *C. filholi* (Lebour, 1938, 1955); *C. californiensis* (Hart, 1937).

A complete cycle, from eggs to post-larval stages, has never been obtained in the laboratory.

Gurney (1937: 326) classifies the larval stages of Callianassinae into two types: Type I or "Sars's larva" and Type II or "Claus's larva". The larvae of *C. major* fit Type II according to the following characteristics of the telson: absence of lateral spines, spine 2 reduced to a hair and a great number of spines on the posterior margin.

Of Type II only the larval stages of *Callianassa laticauda* (= *Callichirus tyrrhenus*?) were positively identified (Caroli, 1921).

The larvae of *C. major* has the greatest number of spines in the telson already recorded for the Callianassinae.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- BOOLOOTIAN, R. A.; A. C. GIESE; A. FARMANFARMAIAN & J. TUCKER — 1959 — Reproductive cycles of five West Coast Crabs. *Physiol. Zool.*, 32 (4): 213-220, figs. 1-3, tabs. 1-2.
- BOURDILLON-CASANOVA, L. — 1960 — Le meroplanton du Golfe de Marseille: les larves de crustacés décapodes. *Rec. Trav. Sta. Mar. Endoume, Fasc. 30, Bull. 18*: 1-286, figs. 1-79, tabs. 1-27.
- CANO, C. — 1891 — Sviluppo postembrionale della *Gebia*, *Azius*, *Callianassa*, e *Calliazis*. *Bol. Soc. Nat. Napoli*, 1: 5-30.

- CAROLI, E. — 1921 — Identificatione delle supposte larva di *Calocaris macandrea* Bell ed *Axiu stirhynchus* Leach. *Publ. Staz. zool. Napoli*, 3: 241-252.
- CAROLI, E. — 1946 — Una nuova *Callianassa* (*C. acanthura* n. sp.) del Golfo di Napoli, con alcune considerazione sulle forme giovanili del genere. *Pubbl. Staz. zool. Napoli*, 20 (1): 66-74, figs. 1-3.
- CLAUS, C. — 1876 — *Untersuchungen sur Erforschung der genealogischen Grundlage des Crustacean -Systems*. 114 pp., 25 figs., 19 ests. Viena.
- DAKIN, W. J. & A. N. COLEFAX — 1940 — The plankton of the Australian coastal waters off New South Wales. *Monograph. Dep. Zool. Univ. Sydney*, 1: 1-215, 4 ests.
- GREEN, J. — 1965 — Chemical Embriology of the Crustacea. *Biol. Rev.*, 40 (4): 580-600, figs. 1-2, tabs. 1-5.
- GURNEY, R. — 1924 — Decapod Larvae. *Nat. Hist. Rept. "Terra Nova" Exped. Zoology*, 8: 37-202, figs. 1-78.
- GURNEY, R. — 1937 — Notes on some Decapod and Stomatopod Crustacea from the Red Sea. III-V. *Proc. Zool. Soc. Lond. Ser. B*, 107: 319-336, figs. 59-81.
- GURNEY, E. — 1938 — Larvae of Decapod Crustacea Pt. V. "*Discovery*" *Report*, 17: 293-343, figs. 1-39.
- GURNEY, R. — 1942 — *Larvae of Decapod Crustacea*. Ray Soc. Publ. i-vii, 306 pp., 122 figs. Londres.
- HAILSTONE, T. S. & W. STEPHENSON — 1961 — The biology of *Callianassa (Trypaea) australiensis* Dana 1852 (Crustacea, Thalassinidea). *Univ. Queensland Papers, Dept. of Zool.*, 1 (12): 259-285, figs. 1-5, ests. 1-3.
- HAILSTONE, T. S. — 1962 — They're good bait! *Aust. nat. Hist.*, 14 (1): 29-31, figs. 1-2.
- HART, J. F. L. — 1937 — Larval and adult stages of British Columbia Anomura. *Canad. J. Res.*, 15 D (10): 179-220, figs. 1-11, 1 est.
- LEBOUR, M. V. — 1938 — The newly-hatched larva of *Callianassa affinis* Holmes. *Proc. zool. Soc. Lond. Ser. B*, 108 (1): 47-48, 1 est.
- LEBOUR, M. V. — 1941 — Notes on Thalassinid and Processid Larvae (Crustacea, Decapoda) from Bermuda. *Ann. Mag. nat. Hist., Ser. 11* (7): 402-420, figs. 1-45.
- LEBOUR, M. V. — 1954 — The planktonic Decapod crustacea and Stomatopoda of the Benguela Current. Part I. First Survey, R. R. S. "William Scoresby", March, 1950. "*Discovery*" *Rep.*, 27: 219-234, figs. 1-6, 1 tab.
- LEBOUR, M. V. — 1955 — First-stage larvae hatched from New Zealand decapod crustacea. *Ann. Mag. nat. Hist.*, 8 (12): 43-48, figs. 1-3.
- LUNZ, G. R. — 1937 — Notes on *Callianassa major* Say. *Charleston Mus. Leafl.*, 10: 1-15, figs. 1-5, ests. 1, 2, tabs. 1, 2.
- MACGINITIE, G. E. — 1934 — The Natural history of *Callianassa californiensis* Dana. *Am. Midl. Nat.*, 15 (2): 166-176, ests. 5-6.
- MACGINITIE, G. E. — 1935 — Ecological aspects of a California marine estuary. *Ibid.* 16 (5): 629-765, figs. 1-21, 3 mapas.
- MENON, M. K. — 1933 — The life histories of four species of Crustacea from Madras. *Bull. Madras Govt. Mus.*, n. s. iii: 1-45, ests. 1-42.

- MONOD, T. — 1927 — Sur le Crustace auquel le Cameron doit son nom (*Callianassa turnerana* White). *Bull. Mus. Hist. nat. Paris*, 1: 8-85.
- NEEDHAM, J. — 1933 — The energy sources in ontogenesis. VII. The respiratory quotient of developing crustacean embryos. *J. Exp. Biol.*, 10: 79-87, figs. 1-3.
- PEARSE, A. S.; H. J. HUMM & G. W. WHARTON — 1942 — Ecology of sand beaches at Beaufort, North Carolina. *Ecol. Monogr.*, 12 (2): 135-190, figs. 1-24, tabs. 1-17.
- POHL, M. E. — 1946 — Ecological observations on *Callianassa major* Say at Beaufort, North Carolina. *Ecology*, 27 (1): 71-80, figs. 1-28. 1 tab.
- PROVASOLI, L.; K. SHIRAIISHI & J. R. LANCE — 1959 — Nutritional idiosyncrasies of *Artemia* and *Tigriopus* in Monoxemic Culture. *Ann. N. Y. Acad. Sci.*, 77: 250-261, figs. 1-3, tabs. 1-2.
- RODRIGUES, S. de A. — 1971 — Mud shrimps of the genus *Callianassa* Leach from the Brazilian Coast (Crustacea, Decapoda). *Arq. Zool., S. Paulo*, 20 (3): 191-223, figs. 1-98.
- SAINT-LAURENT, M. de — 1973 — Sur la systématique et la phylogénie des Thalassinidea: definition des familles des Callianassidae et des Upogebiidae et diagnose de cinq genres nouveaux (Crustacea, Decapoda). *C. R. Acad. Sci. Paris, Ser. D* 277: 513-516.
- SARS, G. O. — 1884 — Bidrag til Kundskaben om Decapodernes Forvandling. I. *Nephrops*, *Calocaris*, *Gebia*. *Arch. Math. Naturav.*, 9: 155-204, ests. 1-7.
- WASS, L. M. — 1955 — The decapod crustaceans of Alligator Harbor and adjacent inshore areas of North-western Florida. *Quart. J. Fla. Acad. Sci.*, 18 (3): 129-176, figs. 1-13.
- WEAR, R. G. — 1965 — Pre-Zoea Larva of *Petrolisthes novaezelandiae* Filhol, 1885 (Crustacea, Decapoda, Anomura). *Trans. roy. Soc. N. Z., Zool.*, 6 (13): 127-132, figs. 1-12.
- WEBB, G. E. — 1921 — The larvae of the decapoda Macrura and Anomura of Plymouth. *J. Mar. biol. Ass. U.K.*, 12: 385-417, ests. i-iv.
- WILLIAMSON, H. C. — 1915 — *Decapoden. I Teil (Larven)*. *Nordisches Plankton VI*. 588 pp., 529 figs. Keil.

ABREVIATURAS

- a' — Antênula.
- a'' — Antena.
- c — Coração.
- cr — Cromatóforo.
- m — Maxila.
- o — Olho.
- t — Telso.
- v — Vitelo.
- 1.º — Primeiro maxilípede.
- 2.º — Segundo maxilípede.
- 3.º — Terceiro maxilípede.

